

**Untersuchungen zur Wirtsspezifität
von *Babesia galagolata***

Georg Hösl

1974

Aus dem Institut für Vergleichende Tropenmedizin
der Tierärztlichen Fakultät der Universität München

Vorstand: Professor Dr. J. Boch
Angefertigt unter der Leitung von: Prof. Dr. H. K. Dennig

UNTERSUCHUNGEN ZUR WIRTSPEZIFITÄT
VON BABESIA GALAGOLATA

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig Maximilians-Universität
München


von
Georg Hösl
aus
Döllnitz (Oberpfalz)

München 1974



Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen
Fakultät der Universität München

Dekan: Prof. Dr. E. Dahme
Referent: Prof. Dr. H. K. Dennig
Korreferent: Prof. Dr. P. Walter

Tag der Promotion: 26. Juli 1974

Inhaltsverzeichnis

	Seite
I. Einleitung	1
II. Wirtsspezifität von Babesien (anhand der Literatur)	2
III. Eigene Untersuchungen	
A. Material und Methoden	17
B. Ergebnisse	
Die Übertragung von <i>Babesia galagolata</i> auf verschiedene Tierarten	23
1. Verlauf der Parasitämie	23
2. Klinische Symptome der Infektion	36
3. Nicht empfängliche Tierarten	39
IV. Besprechung der Ergebnisse	41
V. Zusammenfassung (Summary)	46
VI. Literaturverzeichnis	48

Lebenslauf



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41551927_0055

I. Einleitung

Babesia galagolata n. sp. wurde 1973 aus dem ostafrikanischen Galago isoliert und auf den Rhesusaffen, die Maus, die Ratte und den Goldhamster übertragen. Aufgrund dieses ungewöhnlichen Wirtsspektrums lag die Vermutung nahe, daß auch andere Tierarten für den Parasiten empfänglich sind.

Im Rahmen meiner Dissertationsarbeit sollten 11 verschiedene Tierarten auf ihre Empfänglichkeit gegenüber *Babesia galagolata* geprüft werden. Darüberhinaus war das Verhalten des Parasiten in den schon bekannten empfänglichen Tierarten eingehender zu untersuchen. Besondere Aufmerksamkeit sollte hierbei der Frage gewidmet werden, ob eine fortgesetzte Passage des Parasiten auf der Laboratoriumsmaus möglich ist, und ob sich im Laufe der Passagen eine Virulenzänderung einstellt.

An Hand des Literaturstudiums sollten außerdem die schon bekannten Untersuchungen zur Wirtsspezifität von Babesien in einer umfassenden Übersicht zusammengestellt werden.

II. Wirtsspezifität von Babesien (anhand der Literatur)

Die für meine Untersuchungen verwendete Babesienart, *Babesia galagolata*, wurde 1972 bei einer ostafrikanischen Halbaffenart (*Galago crassicaudatus*) erstmals nachgewiesen und beschrieben (Dennig, 1973).

Der Parasit gehört mit einer Größe von $0,8 - 1,9 \mu$ zu den kleinen Babesienarten. Seine Vermehrung erfolgt durch Zweiteilung, wobei sich die Doppelteilungsformen durch ein charakteristisches, schmales, lanzettförmiges Plasma mit kompakten, runden Kernen auszeichnen. Der Teilungswinkel beträgt im allgemeinen annähernd 180° . Kreuzformen wurden nie beobachtet. Die runden oder ovalen Trophozoiten haben große Ähnlichkeit mit denen anderer, kleiner Babesienarten.

Eine mit Vermehrung des Parasiten verbundene Übertragung gelang auf den Rhesusaffen (*Macaca mulatta*), die Laboratoriumsmaus (*Mus musculus* var. alb.), die Ratte (*Rattus rattus*) und den Goldhamster (*Mesocricetus auratus*) (Dennig, 1973; Dennig und Hösl, 1973). Hierbei entwickelte sich in entmilzten Tieren eine höhere Parasitämie als in nicht entmilzten. Bei den splenektomierten Vertretern der drei erstgenannten Tierarten wurde ausnahmslos ein hoher Parasitenbefall beobachtet, während der Goldhamster einen nur geringen Befall aufwies.

Das klinische Bild zeigte beim Galago und beim Rhesusaffen mit hoher Parasitämie die typischen Merkmale der Babesiose: Anämie, Ikterus und Hämoglobinurie. Ratten und Mäuse ließen auch bei hohem Befall keine klinischen Symptome erkennen.

Todesfälle bei den Versuchstieren traten selbst bei hohem Befall nicht auf.

Über die Wirtsspezifität der übrigen Babesienarten liegen zahlreiche Untersuchungen in der mir zugänglichen Literatur vor, die in der folgenden tabellarischen Übersicht zusammengefaßt sind.

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E* S**	Autor
<u>B. bigemina</u>	Schaf	-	Smith u. Kil- borne (1893)
	Kaninchen	-	
Rind	Meerschweinchen	-	Clark (1918)
(Bos taur.)	Taube	-	
	Weißwedelhirsch (Odocoileus virgin. chiriquensis)	+	
	Ziege	-	
	Maultier	-	
	Hund	-	
	Opossum	-	
	Meerschweinchen	-	
	Huhn	-	
	Taube	-	
	Mazama-Hirsch (Mazama satorii reperiticia)	+	Clark u. Zetek (1925)
	Säbelantilope (Hippotragus nig.)	+	Martinaglia (1930)
	Büffel (Bubalus b. bubalis)	+	Lestoquard (1931)
		+	

Zeichenerklärung:

E* : Empfänglichkeit

S** : Empfänglichkeit nach Splenektomie

1 : Parasiten waren nur wenige Tage post infectionem
(p. i.) (max. 4 Tage) im peripheren Blut nachweis-
bar.

Fehlte im Originaltext der wissenschaftliche Name für eine Tierart, so wurde er auch in der Übersicht weggelassen. Ebenso wurde angenommen, daß es sich um nicht splenektomierte Versuchstiere handelte, wenn im Originaltext keine Angaben über eine eventuelle Splenektomie gemacht waren.

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. bigemina</u>	Meerschweinchen	-		Marcos (1931)
	Kaninchen	-		
	Ratte	-		
	Hund	-		
	Zebu (Bos indicus)	+		Yakimoff u. M. (1932, 1934)
	Gnu (Gorgon taurinus)	+		Vogelsang, 1939 (zit. Enigk u. Friedhoff, 1963 b)
	Weißwedelhirsch (Odocoileus virgin. couesi)	+		Spindler u. M. (1958)
	Saugmaus ¹ (Mus musc. var. alb.)	+		Dennig (1962)
	Sömmeringgazelle (Gazella soemmerringi)		+	Enigk u. Fried- hoff (1963 b)
	Damhirsch (Dama dama L.)		-	
	Rothirsch (Cervus elaphus L.)		-	
	Schaf (Ovis aries)		-	
	Ziege (Capra hircus)		-	
<u>B. bovis</u>	Zebu (Bos indicus)	+		Yakimoff u. M. (1934)
Rind (Bos taur.)	Büffel (Bubalus b. bubalis)	+		Idnani (1938)
	Saugmaus ¹ (Mus musc. var. alb.)	+		Dennig (1962)
	Ratte	-		Han (1968)
	Meerschweinchen	-		
	Huhn	-		
	Maus	-		
	Kaninchen	-		
	Mensch		+	Skrabalo u. Deanovic (1957)
<u>B. diver-</u> <u>gens</u>	Mufflon (Ovis aries musimon)	-	+	Enigk u. Fried- hoff (1961)
	Damhirsch (Dama dama L.)		+	
Rind (Bos taur.)	Rothirsch (Cervus elaphus L.)		+	
	Reh (Capreolus capreolus L.)		+	

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. diver-</u> <u>gens</u>	Schaf (<i>Ovis aries</i>)	-		Enigk u. Fried-
	Ziege (<i>Capra hircus</i>)	-		hoff (1961)
	Rentier (<i>Rangifer tarandus</i>)	+	+	Nilsson u. M. (1955)
	Schimpanse (<i>Pan troglod. verus</i>)	-	+	Garnham u. Bray (1959)
	Rhesusaffe (<i>Macaca mulatta</i>)	-	+	
	Kaninchen (<i>Oryctolagus cunic.</i>)		-	
	Rhesusaffe	-	+	Garnham u. Vol- ler (1965)
	Mensch		+	Fitzpatrick u. M. (1968, 1969) Garnham u. M. (1969)
<u>B. ca-</u> <u>preoli</u>	Damhirsch (<i>Dama dama</i> L.)	+	+	Enigk u. Fried-
	Rothirsch		+	hoff (1963 a)
Reh (<i>Capreo-</i> <i>lus ca-</i> <i>preolus</i>)	(<i>Cervus elaphus</i> L.)			
<u>B. mota-</u> <u>si</u>	Ziege (<i>Capra hircus</i>)	+		Enigk u. M.
	Rothirsch (<i>Cervus elaphus</i> L.)	+		(1964)
Schaf (<i>Ovis</i> <i>aries</i>)	Mufflon (<i>Ovis aries musimon</i>)	+		
	Damhirsch (<i>Dama dama</i> L.)	+	+	
	Reh (<i>Capreolus capreolus</i>)		-	
	Rind (<i>Bos taurus</i>)		-	
	Sömmeringgazelle (<i>Gazella soemmeringi</i>)		-	
<u>B. ovis</u>	Ziege (<i>Capra hircus</i>)	+		Dschunkowsky u. Luhs, 1909 (zit. Dennig, 1962)
Schaf (<i>Ovis</i> <i>aries</i>)	Damhirsch (<i>Dama dama</i> L.)	+	+	Enigk u. M. (1964)
	Rothirsch (<i>Cervus elaphus</i> L.)		+	
	Sömmeringgazelle (<i>Gazella soemmeringi</i>)		-	
	Kaninchen	+		Nikolsky u. Pro- khorova (1973)

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. equi</u>	Esel (<i>Equus asinus</i>)	+		Dale (1903) Theiler, 1906 (zit. Dennig, 1962) Jansen, 1951 (zit. Dennig, 1962)
Pferd (<i>Equus</i> <i>cabal-</i> <i>lus</i>)				
	Esel	+		Veterinary
	Maultier	+		Sciences (1960)
	Zebra (<i>Hippotigris quagga</i>)	+		Theiler, 1909 (zit. Dennig, 1962)
	Saugmaus ¹ (<i>Mus musc. var. alb.</i>)	+		Dennig (1962)
	Esel	+	+	Dennig (1964)
	Steppenzebra (<i>E. burchelli</i>)	+		
	Grevy-Zebra (<i>Equus Grevy Oustalet</i>)	+		
	Mensch (?)		+	Braff u. Condit (1967), Schol- tens u. M. (1968)
	Kaninchen		-	Frerichs u. M.
	Hund		-	(1969)
	Schaf		-	
	Minipig		-	
	Kalb		-	
	Maus		-	
<u>B. cabal-</u> <u>li</u>	Esel	+		Veterinary
	Maultier	+		Sciences (1960)
Pferd (<i>Equus ca-</i> <i>ballus</i>)	Saugmaus ¹ (<i>Mus musc. var. alb.</i>)	+		Dennig (1962)
	Maus	-	-	Crowe u. Pullen (1968)
	Hamster	-	-	
	Meerschweinchen	-	-	
	Katze	-	-	
	Kaninchen	-	-	
	Schaf	-	-	

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. traut-</u> <u>manni</u>	Buschschwein (Potamochoerus porcus maschona Lonnberg)	-	+	Shone u. Philip (1960)
Schwein (Sus scro- fa dom.)	Saugmaus (Mus musc. var. alb.)	-		Dennig (1962)
<u>B. canis</u>	Katze	-		Nocard u. Motas (1902)
Hund (Canis fam.)	Pferd	-		
	Rind	-		
	Schaf	-		
	Ziege	-		
	Ratte	-		
	Maus	-		
	Kaninchen	-		
	Huhn	-		
	Taube	-		
	Katze	-		Nuttall u. Gra- ham-Smith (1909)
	Frettchen	-		
	Rotfuchs (Canis vulpes L.)	-		
	Schabrackenschakal (Canis mesomelas)	-		
	Igel	-		
	Meerschweinchen	-		
	Ratte	-		
	Streifenschakal (Canis adustus)	+		Nuttall (1912)
	Wolf (Canis lupus L.)	+		Yakimoff u. M. (1917)
	Katze	-	-	Thomas u. Brown (1934)
	Silberfuchs (Vulpes vulpes dom.)	+		Schoop u. Dedié (1938)
	Rotfuchs (Vulpes vulpes L.)	-		
	Wolfsschakal (Canis lupaster alg.)	+		Gayot (1946)
	Schabrackenschakal (Canis m. mesomelas)	+	+	Neitz u. Steyn (1947)
	Igel (Erinaceus europaeus)	-		Paraense u. Vian- na (1948)
	Huhn (Gallus dom.)	-		

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. canis</u>	Saugmaus ¹ (Mus musc. var. alb.)	+		Dennig (1962)
	Streifenschakal (Canis adustris)	+		Dennig (1964)
<u>B. gib- soni</u>	Hund (Canis familiaris)	+		Patton (1910)
Gold- schakal (Canis aureus)	Fuchs (Vulpes vulpes niloti- cus)	+	+	Maronpot u. Guindy (1970)
	Goldschakal (Canis lupaster au- reus)		+	
	Hund		+	
<u>B. felis</u>	Katze (Felis dom.)	+	+	Davis (1929)
	Hund (Canis fam.)	-		
wildkatze (Felis ocreata)	Schaf	-		
	Kalb	-		
	Maus	-		
	Ratte	-		
	Gerbil	-		
	Rotluchs (Felis rufa)	+		Wenyon u. Hamer- ton (1930)
	Puma (Felis conc.)	+		Carpano, 1934 (zit. Dennig, 1962)
	Katze (Felis dom.)	+		Mc Neill (1937)
	Katze (Felis dom.)		+	Dennig (1967 a)
	Hund (Canis fam. L.)	-		
	Frettchen (Mustela putorius furo)	-		
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)	-		
	Kaninchen (Oryctolagus cuni- culus)	-		
	Meerschweinchen (Cavia porcellus L.)	-		
	Ratte (Rattus rattus)	-		
	Maus (Mus musc. var. alb.)	-		
	Hamster (Mesocricetus auratus)	-		
	Huhn (Gallus dom.)	-		

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. felis</u>	Leopard (Panthera pardus)	+		Dennig, 1964 (mündl. Mitt., 1973)
	Löwe (Panthera leo)	+		Dennig, 1966 (mündl. Mitt., 1973)
<u>B. her- pailuri</u>	Katze (Felis dom.)	+	+	Dennig (1967 a, b, c; 1969)
	Hund (Canis fam.)	+	+	Schenk (1968)
Jaguarun- di (Herpai- lurus yaguarun- di)	Fuchs (Vulpes vulpes L.)		+	Dennig (1967 a, b, c; 1969)
	Frettchen (Mustela putorius furo)		-	
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)		-	
	Schwein (Sus scrofa dom.)		-	
	Schaf (Ovis aries)		-	
	Meerschweinchen (Cavia porcellus L.)		-	
	Ratte (Rattus rattus)		-	
	Maus (Mus musc. var. alb.)		-	
	Hamster (Mesocricetus auratus)		-	
	Kaninchen (Oryctolagus cunicu- lus)		-	
	Huhn (Gallus dom.)		-	
	Dingo (Canis fam. dingo L.)	+	+	Dennig u. Hebel (1970), Dennig u. Brocklesby (1972)
	Katze (Felis dom.)	+	+	Kühnert (1967)
<u>B. pan- therae</u>	Leopard (Panthera pardus)	+		Brocklesby u. M. (1965)
	Katze	+	+	
Leopard (Panthera pardus)	Hund		-	
	Katze (Felis dom.)	+	+	Dennig (1967 a), Göbel (1968), Dennig u. Brock- lesby (1972)
	Hund (Canis fam.)	-	-	
	Frettchen (Mustela putorius furo)		-	

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. pan- therae</u>	Rhesusaffe (Macaca mulatta)	-		Dennig (1967 a), Göbel (1968),
	Meerschweinchen (Cavia porcellus L.)	-		Dennig u. Brock- lesby (1972)
	Ratte (Rattus rattus)	-		
	Kaninchen (Oryctolagus cunicu- lus)	-		
	Hamster (Mesocricetus auratus)	-		
	Maus (Mus musc. var. alb.)	-		
	Huhn (Gallus dom.)	-		
<u>B. van- hoofi</u>	Cricetomys	-		De Smet u. Lips (1954)
	Ratte	-		
	Maus	-		
Manguste (Helogale varia)	Baumratte (Thamnomys sp.)	-		
	Praomys (Praomys sp.)	-		
	Mastomys (Mastomys sp.)	-		
	Tatera (Tatera sp.)	-		
	Aethomys (Aethomys sp.)	-		
<u>B. gala- golata</u>	Maus (Mus musc. var. alb.)	+	+	Dennig (1973), Dennig u. Hösl (1973)
	Ratte (Rattus rattus)		+	
Galago (Galago crassi- caudatus)	Goldhamster (Mesocricetus auratus)		+	
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)		+	
<u>B. pi- theci</u>	Hund	-		Ross (1905)
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)	+	+	Kikuth (1927)
Meerkatze (Cercopi- thecus sp.)	Meerkatze (Cercopithecus sp.)	+		Tanguy (1937)
	Schimpanse (Pan satyrus verus)	-	+	
	Gelber Babuin (Cynocephalus papio)	+		
	Bartaffe (Silenus irus)	+		

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. ro- dhaini</u>	Maus	+	+	Rodhain u. Demuylder (1951)
	Syrischer Hamster	+		
	Fettmaus (Steatomys op. gazellae)	+		
	Maus	+	+	Nowell (1969)
	Ratte	+	+	
	Apella (Cebus apella)	+		Hawking (1973)
	Grüne Meerkatze (Cercopithecus pygerythrus)		+	
	Guinea-Pavian (Papio papio)		+	
	Schimpanse (Pan troglodytes)	-	+	
	Bartaffe (Macaca irus)	-		
	Weißstirnkapuziner (Cebus albifrons)	-		
	Nachtaffe (Aotus trivirgatus)	-		
	Bärenmakak (Macaca arctoides)		-	
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)		-	
	Husarenaffe (Erythrocebus patas)		-	
	Kappenmangabe (Cerocebus galeritus)		-	
<u>B. decu- mani</u>	Ratte	-		Macfie (1915)
	Wanderratte (Rattus norvegicus)	-		Capponi u. M. (1955)
Braune Rat- te (Mus decu- manus)				
<u>B. mus- culi</u>	Maus	+		Muratov (1966)
	Erdhörnchen (Spermophilopsis lep- todactylus)	+		
Hausmaus (Mus mus- culus Lin.)	Kaninchen	-		
	Turkestan-Ratte	-		
	Springmaus	-		
	Kalb	-		
	Hund	-		
	Goldhamster (Mesocricetus auratus)	+	+	Nagel (1973)

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. mus-</u> <u>culi</u>	Wüstenspringmaus (Jaculus jaculus)	+		Nagel (1973)
<u>B. tal-</u> <u>pae</u>	Vielzitzenratte (Mastomys coucha)	+		Shortt u. Robinson (1958)
Maulwurf (Talpa europaea)	Wanderratte (Rattus norvegicus)	+		
<u>B. mi-</u> <u>croti</u>	Feldmaus (Microtus incertus)	+		Franca (1912)
Feldmaus (Microtus incertus)	Wasserratte (Microtus amph.)	+		Coles (1914)
	Erdmaus (Microtus agrestis)	+		Baker u. M. (1963)
	Rötelerdmaus (Clethrionomys agr.)	+		
	Maulwurf (Talpa europ.)	+		Shortt u. Blackie (1965)
	Rötelmaus (Clethrionomys gla- reolus)	+		
	Feld-Waldmaus (Apodemus sylvaticus)	+		
	Erdmaus (Microtus agrestis)	+		
	Spitzmaus (Sorex araneus)	+		
	Vielzitzenratte (Mastomys coucha)	+		
	Ratte	+		
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)		+	
	Buschratte (Neotoma lepida)	+		Van Peenen u. Duncan (1968)
	Kaliforn. Weißfußmaus (Peromyscus californi- cus)	+		
	Kaliforn. Wühlmaus (Microtus californi- cus)	+		
	Erdhörnchen (Spermophilus beecheyi)	+		

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. mi- croti</u>	Rötelmaus (Clethrionomys gla- reolus)	+		Nowell (1969)
	Ratte (Rattus rattus)	+	+	
	Mensch	+		Benson u. M. (1969) Gleason u. M. (1970) Western u. M. (1970) Ristic (1970, 1973) Ristic u. M. (1971) Healy u. Glea- son (1973)
	Goldhamster	+		Benson u. M. (1969)
	Rhesusaffe		+	Western u. M. (1970)
	Maus	+		Gleason u. M. (1970)
	Ratte	+		
	Goldhamster	+	+	
	Gerbil	+		
	Hund	+		
	Rhesusaffe		+	
	Goldhamster	+		Ristic (1970, 1973)
	Rhesusaffe		+	Ristic u. M. (1971)
	Hund		-	
<u>B. hya- lomysci</u>	Maus (Mus musc. var. alb.)	+		Bafort (1969) Bafort u. M. (1970)
	Goldhamster (Mesocricetus auratus)	+		
Baummaus (Hyalomys- cus stella)	Ratte (Rattus rattus)	+		
	Baumwollratte (Sigmodon h. hispidus)	+		
	Vielzitzenratte (Mastomys natalensis)	+		
	Rötelmaus (Clethrionomys glareo- lus)	+		
	Steppenlemming (Lagurus lagurus)	+		

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E	S	Autor
<u>B. hya-</u> <u>lomysci</u>	Chin. Zwerghamster (Cricetulus griseus)	+		Bafort (1969)
	Mongol. Rennmaus (Meriones unguicula- tus)	+		Bafort u. M. (1970)
	Shaw-Wüstenmaus (Meriones shawi)	+		
	Ägypt. Stachelmaus (Acomys camirinus)	+	+	
	Hirschmaus (Peromyscus manicu- latus)	+	+	
	Sibir. Streifenhörn- chen (Eutamias asiaticus)	+		
	Feld-Waldmaus (Apodemus sylvaticus)	+	+	
	Baumratte (Thamnomys s. surdas- ter)	-	-	
	Praomys (Praomys jacksoni)	-	-	
	Erdmaus (Microtus agrestis)	-	-	
	Kaninchen	-	-	
	Meerschweinchen	-	-	
	Grüne Meerkatze (Cercopithecus aeth.)	-	-	
	Zwergfledermaus (Pipistrellus pipistr.)	-		
	Hund	-		
	Katze	-		
	Rhesusaffe (Macaca mulatta)		+	
<u>B. thoma-</u> <u>si</u>	Rind	-		Jansen (1952)
	Meerschweinchen	-		
Klipp- schliefer (Procavia capensis)	Buschschliefer (Hyrax Brucei)	+		Irvin u. M. (1973)
	Maus (Mus musc. var. alb.)		-	
<u>B. me-</u> <u>phitis</u>	Pferd (Equus caballus)	-		Holbrook u. Frerichs (1970)
	Kalb (Bos taurus)	-		
Streifen- skunk (Mephitis mephitis)	Hund (Canis fam.)	-		
	Maus (Mus musc. var. alb.)	-		
	Ratte (Rattus rattus)	-		

Babesia sp. und Hauptwirt	Tierarten, deren Empfänglichkeit experimentell ge- prüft wurde	E S	Autor
<u>B. me-</u> <u>phitis</u>	Hamster (Mesocricetus auratus) Meerschweinchen (Cavia porcellus)	- -	Holbrook u. Frerichs (1970)

In der Übersicht wurden jeweils die Bezeichnungen des Autors für die einzelnen Tierarten übernommen. Kleine Abweichungen bei den Bezeichnungen einzelner Tierarten sind also, wenn es sich um ein und dieselbe Tierart handelt, hierdurch bedingt.

III. Eigene Untersuchungen

A. Material und Methoden

Der verwendete Stamm von *Babesia galagolata* stammte aus dem Institut für Vergleichende Tropenmedizin, wo er auf splenektomierten Galagos und Mäusen gehalten wird.

Die Versuche wurden mit Vertretern von 16 verschiedenen Tierarten durchgeführt. Bei Maus, Ratte, Goldhamster und Meerschweinchen kamen ausschließlich weibliche Tiere zur Verwendung, da sich diese komplikationslos in größeren Gruppen halten lassen. Die übrigen Versuchstiere waren beiderlei Geschlechts.

Im einzelnen handelte es sich um folgende Versuchstiere:

Galagos (*Galago crassicaudatus*); Herkunft: Tanzania (Arusha), seit 1972 im Institut gehalten; Alter: ausgewachsen; Gewicht: zwischen 820 und 1 700 g.

Rhesusaffen (*Macaca mulatta*); Herkunft: Tierhandel; Alter: ausgewachsen (ca. 6 Jahre); Gewicht: 5 600 g (männlich) bzw. 4 900 g (weiblich).

Rind (*Bos taurus*); Herkunft: Zuchtbetrieb bei München, ausschließliche Stallhaltung; Alter: 4 Monate; Gewicht: 300 kg; Ohrmarken-Nr. 9902696.

Hunde (*Canis familiaris*); Herkunft: Tierhandel; Alter: ca. 6 Jahre (Nr. 1), ca. 10 Wochen (Nr. 2), ca. 5 Wochen (Nr. 3); Gewicht: 14 kg (Nr. 1), 5 kg (Nr. 2), 3 kg (Nr. 3).

Katzen (*Felis domesticus*); Herkunft: Tierhandel; Alter: ausgewachsen; Gewicht: 2 400 - 3 100 g.

Schweine (*Sus scrofa domestica*); Stamm: Minipig, männlich; Alter: 7 Monate; Gewicht: 25 - 30 kg.

Kaninchen (*Oryctolagus cuniculus*); Herkunft: Tierhandel; Alter: ausgewachsen; Gewicht: 1 400 - 2 300 g.

Chinchillas (*Chinchilla lanigera*); Herkunft: Institutszucht; Alter: 6 Wochen; Gewicht: 250 - 275 g.

Ratten (*Rattus rattus*); Stamm: Wistar, Institut für Vergleichende Tropenmedizin; Alter: 6 Wochen; Gewicht: 200 - 250 g.

Meerschweinchen (*Cavia porcellus* L.); Herkunft: Tierhandel; Alter: ausgewachsen, bzw. Saug-Meerschweinchen (Nr. 2 und 3); Gewicht: ca. 600 g, bzw. 250 g.

Goldhamster (*Mesocricetus auratus*); Herkunft: Tierhandel; Alter: 10 Wochen; Gewicht: 130 g.

Mäuse (*Mus musculus* var. *albinus*); Stamm: NMRI, Ivanovas, Kisslegg/Allgäu; Alter: 6 Wochen; Gewicht: 30 - 35 g.

Gerbils (*Meriones unguiculatus*); Herkunft: Institutszucht; Alter: ausgewachsen, ein Tier (Nr. 4) ca. 6 Wochen; Gewicht: ca. 180 g, bzw. 80 - 100g.

Rötelmäuse (*Clethrionomys glareolus*); Herkunft: Institutszucht; Alter: 4 Monate; Gewicht: ca. 40 g.

Elefantenspitzmäuse (*Elephantulus rufescens*); Herkunft: Tierhandel; Alter: ausgewachsen; Gewicht: ca. 50 g.

Hühner (*Gallus domesticus*); Herkunft: Tierhandel; Alter: 4 Wochen; Gewicht: 160 - 200 g.

Haltung und Fütterung

Während der Versuche wurden die Tiere unter weitgehend einheitlichen und gleichbleibenden Bedingungen gehalten. Die Raumtemperatur betrug ca. 22° C, die relative Luftfeuchtigkeit 40 - 50 %. Sobald die Tiere in den Versuch genommen wurden, kamen sie in Isolierstallungen.

Futter und Wasser standen den Tieren ad libitum zur Verfügung. Die Nagetiere erhielten als Grundnahrung "Sniff" (Intermast, Soest), zusätzlich erhielten Kaninchen, Chinchillas, Meerschweinchen, Goldhamster, Gerbils (=Rennmäuse) und Rötelmäuse Karotten, Äpfel, Haferflocken und Sonnenblumenkerne. Elefantenspitzmäuse wurden mit Insekten und Salat ernährt, Hunde und Katzen mit Fertigfutter, gelegentlich auch mit Frischfleisch und Knochen. Für Schweine und Hühner wurde ebenfalls Fertigfutter, für das Rind Heu und Getreideschrot verwendet. Die Nahrung der Galagos bestand aus Obst, Milch und Fleisch, die der Rhesusaffen aus Fertigfutter und frischem Obst.

Splenektomie

Die Splenektomie von Rind, Rhesusaffe, Schwein, Hund, Katze und Nagetieren erfolgte nach der von Dennig beschriebenen Methode (Dennig, 1965 und 1967 a).

Folgende Narkotika wurden verwendet: Ketanest^R (Parke-Davis) beim Galago, Rhesusaffen, Hund, Kaninchen, Chinchilla und bei der Katze; Nembutal^R (Abbott, Frankreich) beim Goldhamster, Meerschweinchen und Huhn, sowie bei der Rennmaus, Ratte, Maus, Rötelmaus und Elefantenspitzmaus. Stresnil^R - Hypnodil^R (Jansen, Belgien) im Verhältnis 4 : 1 beim Schwein, Rompun^R (Bayer) und Xylocain^R (Hoechst) (Paravertebralanästhesie) beim Rind.

Bei der Entmilzung der Galagos wird die Bauchhöhle von der linken Flanke aus mit einem parallel zur letzten Rippe (Abstand 3 cm, Länge des Schnittes 6 cm) verlaufenden Schnitt eröffnet. Nach extraperitonealer Verlagerung der Milz werden die zu- und abführenden Gefäße mit synthetischem Nahtmaterial doppelt unterbunden. Nach dem Absetzen der Milz und antibiotischer Versorgung der Wundhöhle wird das Peritoneum und die Muskelschicht durch fortlaufende Naht, die Haut mit Knopfnähten verschlossen.

Die Splenektomie der Hühner wurde in ähnlicher Weise vorgenommen, wie sie von Gothe (mündl. Mitt., 1973) durchgeführt wird. Der Hautschnitt erfolgt auf der linken Seite parallel zur letzten Rippe (Abstand 1 cm, Länge des Schnittes 3 cm). Nach Abklemmen eines gut sichtbaren Hautgefäßes wird die Bauchhöhle eröffnet, die Milz aus ihrer Kapsel herausgelöst und nach Kauterisation der Gefäße entfernt. Blutungen werden durch kurzfristiges Einlegen eines Tampons gestillt. Die Operationsstelle wird nach antibiotischer Versorgung durch Knopfnähte verschlossen.

Blutentnahme und -übertragung

Die Blutentnahme für Ausstriche erfolgte bei Mäusen, Ratten, Goldhamster, Gerbils, Rötelmäusen, Chinchillas und Schweinen an der Schwanzspitze, bei Galagos, Rhesusaffen,

Katzen, Hunden, Meerschweinchen und Elefantenspitzmäusen durch leichten Scherenschnitt am Ohrmuschelrand. Zur Vermeidung von Abwehrreaktionen wurden die Rhesusaffen zur Blutentnahme (Blutausstriche, Blut für hämatologische Untersuchungen) mit Ketanest^R (Parke-Davis; Dosierung 8,9 mg/kg Kgw.) in oberflächliche Narkose gelegt. Beim Kaninchen und beim Rind wurde jeweils die Ohrvene, bei Hühnern die Flügelvene leicht angeritzt. Größere Blutmengen (Zusatz von Vetren^R, Promonta, Hamburg) wurden beim Galago aus der Ohrvene, bei Mäusen und Ratten aus dem retroorbitalen Venenplexus (Methode Nöller, 1955) und beim Rhesusaffen aus der Vena saphena magna entnommen. Blutübertragungen wurden je nach Tierart intravenös bzw. intraperitoneal verabfolgt; intraperitoneal infiziert wurden Mäuse, Ratten, Goldhamster, Gerbils, Meerschweinchen, Rötelmäuse, Elefantenspitzmäuse und Chinchillas, intravenös Rhesusaffen, Kaninchen, Katzen, Hunde, Rind, Schweine, Hühner und Galagos (oberflächliche Ohrvene).

Färbung

Die Färbung der Blutausstriche wurde mit Giemsa - Lösung (Merck AG, Darmstadt) nach üblicher Methode durchgeführt.

Einstellung des Parasitengehaltes im Inokulum

Die Bestimmung der Höhe des Parasitenbefalles erfolgte, indem die Erythrozytenzahl (Eppendorf-Photometer) des Spendertieres und die Zahl der mit Babesien befallenen Erythrozyten (pro 1 000 Erythrozyten) im gefärbten Blutausstrich ermittelt und je nach Bedarf durch Verdünnung mit physiologischer Kochsalzlösung auf einen bestimmten Parasitengehalt eingestellt wurde. Ausschlaggebend war

hierbei die Anzahl der infizierten Erythrozyten, während die Parasitenzahl im Erythrozyten nicht berücksichtigt wurde. (Beispiel: Eine Parasitämie von 200 ‰ bedeutet, daß 200 von 1000 Erythrozyten mit Babesien befallen sind, wobei diese Zahl jedoch nichts über die absolute Parasitenzahl aussagt.)

Der Hämoglobinwert wurde nach Oxidation des Blutes durch Cyanopress^R (Asid, München) im Eppendorf-Photometer bestimmt.

B. Ergebnisse

Die Übertragung von Babesia galagolata auf verschiedene Tierarten

In der Regel wurden mindestens 3 Vertreter einer Tierart für die Übertragungsversuche verwendet, wobei 2 Tiere entmilzt und eines nicht entmilzt waren. Die mikroskopische Untersuchung der Blutaussstriche erfolgte dreimal wöchentlich über einen Mindestzeitraum von 90 Tagen. Da sich beim Galago, Rhesusaffen und bei der Laboratoriumsmaus im allgemeinen eine hohe Parasitämie ausbildete, wurde bei diesen Tierarten neben dem Verhalten der Parasitämie auch der Einfluß des Erregers auf die Erythrozytenzahl und den Hämoglobinwert geprüft.

1. Verlauf der Parasitämie

Insgesamt kamen 4 experimentell infizierte Galagos (Entmilzung 2 - 7 Wochen vor Versuchsbeginn) zur Untersuchung. Die Inokula variierten zwischen 20 000 und 50 000 Babesien/g Kgw.

Die Präpatenzzeit betrug 3 - 16 (Durchschnitt: 8) Tage.

Bei 3 Galagos erreichte der Parasitenbefall seinen ersten Höhepunkt am 24., 27. bzw. 30. Tag p. i. Die Parasitenzahl betrug hierbei 90, 68 bzw 312 ‰ .

Eines dieser Versuchstiere zeigte nach dem Höhepunkt der Parasitämie innerhalb von 4 Tagen einen Rückgang der Befallsstärke auf 34 ‰ . Zu diesem Zeitpunkt wurde das Tier zu Sektionszwecken getötet. Der Parasitämieverlauf der beiden übrigen Galagos ist in Abb. 1 und 2 wiedergegeben.

Bei einem Versuchstier entwickelte sich eine Parasitämie, die zu keinem Zeitpunkt 1 ‰ überschritt. Dieses Tier verendete 33 Tage p. i. an einer Pneumonie.

Einfluß der Splenektomie auf die latente Babesia galagolata-Infektion

7 Galagos mit einer latenten Infektion wurden entmilzt. Bei 5 der Versuchstiere waren zu diesem Zeitpunkt keine Babesien im peripheren Blut nachzuweisen. Bei einem Tier lag der Befall < 1 ‰, bei einem anderen Galago bei 12 ‰.

Zwischen Splenektomie und erneutem Auftreten von Babesien im Blut verstrichen 5 - 61 (46) Tage. Nach weiteren 87 (17 - 196) Tagen erreichte die Parasitämie ihren Höhepunkt mit $< 1 - 507$ (114) ‰. Der weitere Infektionsverlauf entsprach der experimentellen Infektion der Galagos.

Abb. 1

Verlauf der Parasitämie bei Galago Nr. 5

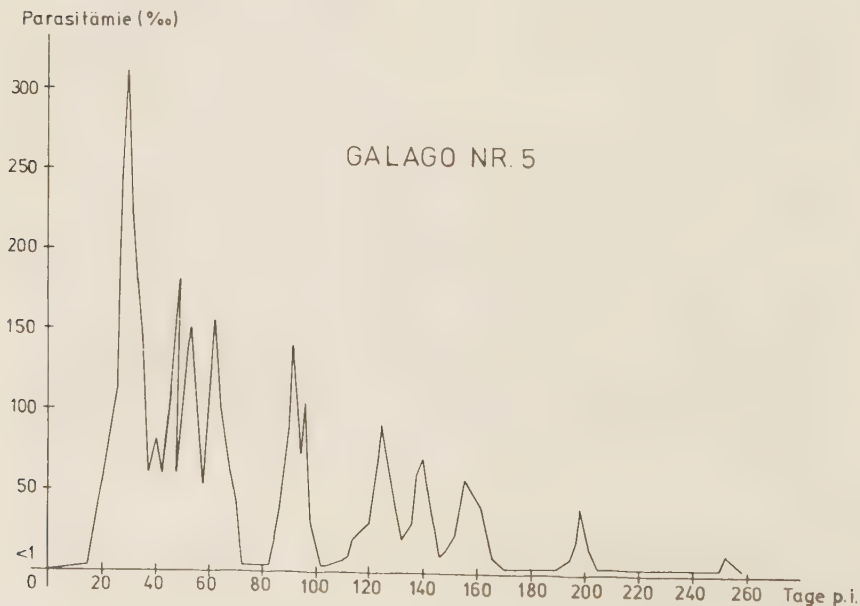


Abb. 2

Verlauf der Parasitämie bei Galago Nr. 4

Parasitämie (‰)

400

350

300

250

200

150

100

50

≤1

0

20

40

60

80

100

120

140

160

180

200

220

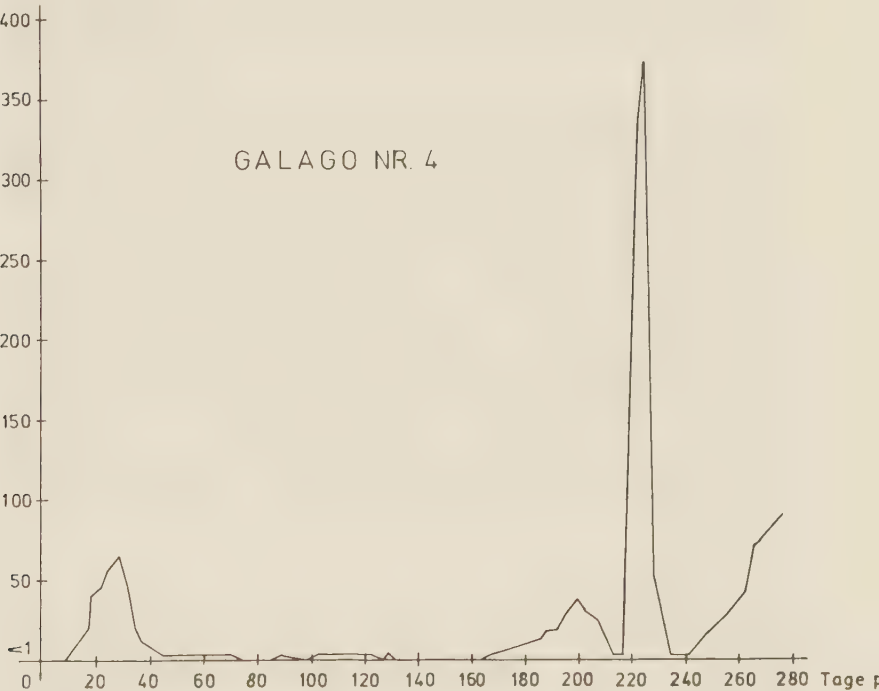
240

260

280

Tage p

GALAGO NR. 4



Die Übertragungsversuche auf Laboratoriumsmäuse wurden in 2 Gruppen mit jeweils 10 entmilzten und 5 nicht entmilzten Tieren durchgeführt. Die Inokula betrugen in der ersten Gruppe 1 und in der zweiten Gruppe 6 Mio. Babesien/g Kgw. In der Regel dienten infizierte Galagos als Blutspender, ausnahmsweise jedoch auch Mäuse und Rhesusaffen.

Entmilzte Mäuse

Bei der ersten Gruppe betrug die Präpatenzzeit 22 (4 - 45) Tage, bei der zweiten Gruppe 6 (0 - 10) Tage.

Die Dauer bis zum Erreichen des ersten Höhepunktes der Parasitämie, der bei den höher infizierten Tieren 158 ‰ und bei den schwächer infizierten Tieren 97 ‰ betrug, lag in der ersten Gruppe bei 27 (7 - 39) Tagen und in der zweiten Gruppe bei 20 (15 - 26) Tagen.

Nach dem ersten Pik unterschieden sich die Befallshöhen in den Mäusen beider Gruppen nicht mehr wesentlich voneinander.

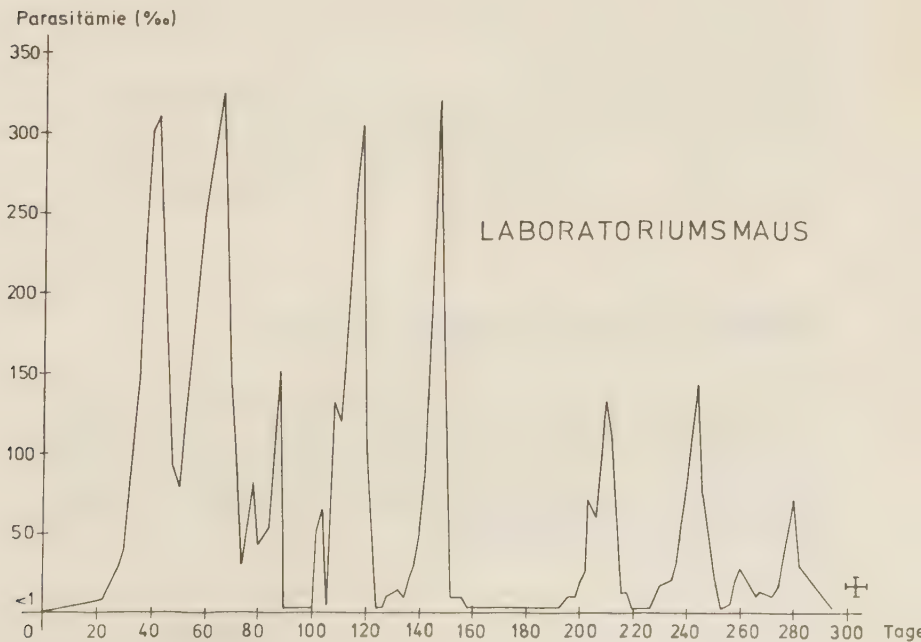
Bei der Mehrzahl der entmilzten Mäuse zeigte die Parasitämie große Ähnlichkeit. Sie war durch einen sinusähnlichen Verlauf gekennzeichnet, wobei Anzahl und Höhe der einzelnen Piks variierten. Dabei war allgemein zu beobachten, daß der zweite oder dritte Pik höher lag als der erste, während die folgenden nicht mehr dieses Niveau erreichten. Zwischen den einzelnen Phasen (Anstieg, Höhepunkt und Abfall der Kurve) wurden nur geringe Befallshöhen (bis ca. 10 ‰) oder das Fehlen von Babesien im peripheren Blut beobachtet. Diese inapparenten oder durch minimalen Parasitenbefall gekennzeichneten Stadien dauerten in der Regel ca. 20 Tage und in extremen Fällen 2 - 79 Tage.

Der Verlauf der Parasitämie läßt bei einer Beobachtungszeit von mehreren Monaten ein allmähliches Abflachen der Kurve erkennen. Schon beim dritten und vierten Pik ist im allgemeinen eine Tendenz zur Verringerung der Befallshöhe festzustellen. Dies hat zur Folge, daß nach ca. 9 Monaten die Parasitämie nicht mehr phasenförmig verläuft, sondern durch schwache apparente bzw. inapparente Stadien gekennzeichnet ist.

Bei einigen Mäusen verlief die Parasitämie weniger charakteristisch. So kam es beispielsweise vor, daß der Parasitenbefall unmittelbar nach seinem ersten Höhepunkt in ein inapparentes Stadium übergang und dieses bis zum Ende der Beobachtungsdauer (6 Monate) bestehen blieb. Gelegentlich konnte dieses Bild auch nach dem zweiten oder dritten Höhepunkt beobachtet werden.

Abb. 3 zeigt den charakteristischen Verlauf der Parasitämie bei einer entmilzten Maus.

Abb. 3



Nicht entmilzte Mäuse

Bei der ersten Gruppe betrug die Präpatenzzeit 5 (0 - 11) Tage, bei der zweiten 1 (0 - 3) Tag.

In keiner Gruppe überstieg der Höhepunkt der Parasitämie 30 ‰. Ein phasenförmiger Verlauf der Befallshöhe war nicht festzustellen. Die Parasitämie zeichnete sich durch unregelmäßiges Alternieren inapparenter Stadien und Stadien mit geringer Befallshöhe (max. 1 ‰) aus.

Einfluß der Splenektomie auf die latente Babesia galagolata-Infektion

Eine Entmilzung wurde bei 5 Mäusen, die nur schwach (< 1 ‰) infiziert waren und bei einer Maus, die seit 70 Tagen keine Parasiten im peripheren Blut aufwies, vorgenommen. Bei der letztgenannten Maus lag zwischen Entmilzung und erstem Auftreten von Babesien im Blut eine Zeitspanne von 7 Tagen.

Bei allen 6 Mäusen vergingen nach der Splenektomie 22 - 58 (31) Tage bis zum Höhepunkt der Parasitämie von 210 (120 - 300) ‰. Der anschließende Verlauf der Infektion unterschied sich nicht von dem in entmilzten Mäusen.

Passagen von Babesia galagolata in Mäusen

Hierbei bildeten 2 entmilzte Mäuse eine Passagegruppe. Grundsätzlich fand die Infizierung 3 Tage post splenectomiam (p. spl.) statt. Die Inokula lagen jeweils bei 8 Mio. Babesien/g Kgw. Die Passagen des Erregers wurden alle 2 - 3 Wochen durchgeführt.

Das Ergebnis dieser Untersuchungen zeigte, daß sich in den einzelnen Passagen - insgesamt wurden 18 Passagen durchgeführt - der Infektionsverlauf nicht wesentlich von dem der entmilzten Mäuse in den oben beschriebenen Gruppen unterschied. Eine Veränderung der Präpatenzzeit, der Befallshöhe und der Virulenz des Erregers war dabei nicht festzustellen.

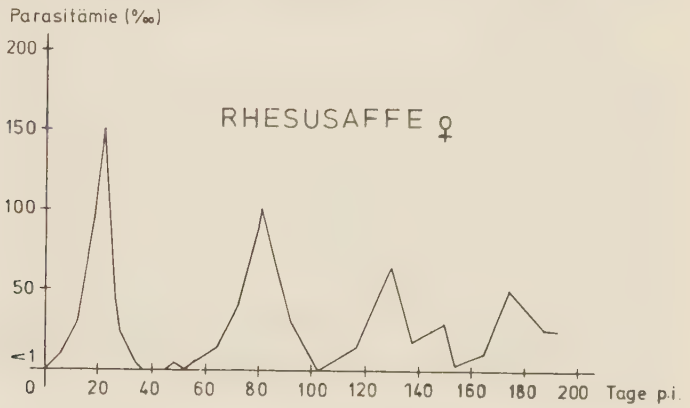
Bei den Rhesusaffen, die beide entmilzt waren, wurde das weibliche Tier mit 30 000 und das männliche Tier mit 90 000 Babesien/g Kgw. infiziert.

Nach einer Präpatenzzeit von 3 und 25 Tagen erreichte die Parasitämie nach 18 bzw. 59 Tagen ($146 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$, $200 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$) ihren ersten Höhepunkt. Danach fiel die Befallshöhe innerhalb von 12 Tagen auf $< 1 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ bzw. in 4 Tagen auf $60 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ ab. Beim letztgenannten Versuchstier waren in einer anschließenden Beobachtungszeit von 270 Tagen geringgradige Erhöhungen bzw. Verringerungen des Befalls in einem Bereich von 10 - $130 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ zu beobachten.

Der weibliche Rhesusaffe wurde über 186 Tage p. i. beobachtet. Der Verlauf der Parasitämie zeichnete sich aus durch eine kontinuierliche Anstiegsphase innerhalb von 20 - 26 Tagen und einen darauf folgenden schnellen Abfall auf Werte von $< 1 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ oder auf ein inapparentes Stadium. Letzteres bzw. das Stadium mit geringer Befallshöhe dauerte jeweils 5 - 8 Tage. Insgesamt waren bei diesem Tier 4 deutliche Phasen zu unterscheiden. Die Höhepunkte der 3 letzten Phasen hatten folgende Werte: $100 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ am 82. Tag p. i., $62 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ am 131. Tag p. i. und $52 \text{ }^{\circ}/\text{oo}$ am 174. Tag p. i. Der Verlauf der Parasitämie bei diesem Versuchstier ist in Abb. 4 dargestellt.

Abb. 4

Verlauf der Parasitämie beim weiblichen Rhesusaffen



Die Übertragungsversuche auf Ratten wurden mit 4 entmilzten (Inokula 500 000 - 900 000 Babesien/g Kgw.) und 3 nicht entmilzten Ratten (Inokulum 2,4 Mio. Babesien/g Kgw.) durchgeführt.

Eine der nicht entmilzten Ratten wies nur an einem einzigen Tag (14 Tage p. i.) vereinzelte Parasiten im peripheren Blut auf. In der anschließenden 42-tägigen Beobachtungszeit waren keine weiteren Babesien nachzuweisen. Am 45. Tag p. i. wurde das Versuchstier entmilzt, Parasiten wurden jedoch in den folgenden 70 Tagen nicht festgestellt.

Die anderen Ratten mit intakter Milz zeigten nach einer Präpatenzzeit von 6 Tagen eine Befallshöhe von max. 1 0/00, die mehrere Wochen andauerte.

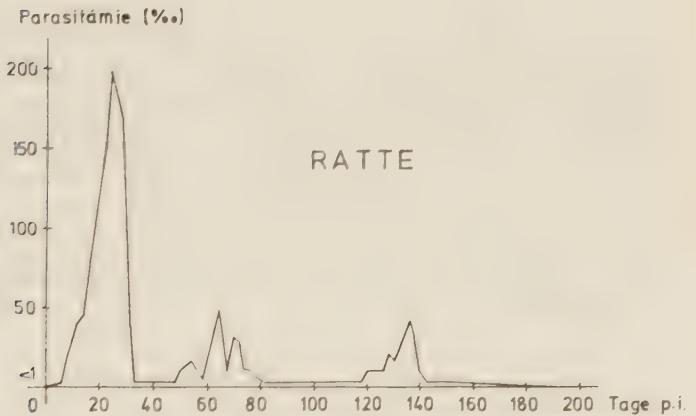
Die Präpatenzzeit der entmilzten Ratten variierte von 7 - 33 (20) Tagen. Der erste Höhepunkt der Parasitämie mit 35 - 270 (161) 0/00, der 4 - 36 (20) Tage nach dem Erscheinen der Babesien im Blut erreicht war, flachte nach 4 - 14 (8) Tagen auf Befallshöhen von < 1 0/00 oder auf ein inapparentes Stadium ab. Dieses Stadium mit minimalem Parasitenbefall bzw. das inapparente Stadium dauerte 2 - 110 (42) Tage. Hierauf folgte wieder eine Vermehrungsphase, in der maximale Befallshöhen von 45 - 80 0/00 auftraten. Danach stieg bei 2 Ratten nach einem inapparenten Stadium von 36 bzw. 72 Tagen die Parasitämie erneut an und erreichte Werte von 16 und 23 0/00. Nach weiteren 10 Tagen waren die Parasiten aus dem peripheren Blut verschwunden und wurden bis zum Ende der Beobachtungszeit nicht mehr nachgewiesen.

Bei den restlichen beiden Ratten fehlte ein dritter Fik. Babesien waren ebenfalls bis zum Ende der Beobachtungsperiode (4 bzw. 6 Monate) nicht mehr nachweisbar. Rückübertragungen von Blut der beiden letztgenannten

Tiere auf entmilzte Mäuse führten bei diesen zum gewohnten Bild der Infektion.

Abb. 5 zeigt den Verlauf der Parasitämie bei einer entmilzten Ratte.

Abb. 5



7 entmilzte und 1 nicht entmilzter Goldhamster wurden mit 500 000 - 3 Mio. Babesien/g Kgw. infiziert.

Beim nicht splenektomierten Goldhamster folgte auf eine Präpatenzzeit von 35 Tagen ein apparentes Stadium von 12 Tagen mit einer Befallshöhe von 1 ‰ und darunter. In den folgenden 40 Tagen wurden Babesien im peripheren Blut nicht mehr beobachtet. Am 41. Tag p. i. erfolgte die Splenektomie dieses Goldhamsters. 14 Tage p. spl. wurden die ersten Babesien bei dem Versuchstier nachgewiesen.

Bei den entmilzten Goldhamstern betrug die Präpatenzzeit 2 - 46 (19) Tage. Die Befallsstärke erreichte keine höheren Werte als 1 ‰. 32 - 50 (43) Tage lang wurde eine geringe Parasitämie beobachtet, die kurzfristig von inapparenten Phasen (1 - 5 Tage) unterbrochen war. Danach verschwanden die Parasiten aus dem peripheren Blut und wurden während der nächsten 4 Monate nicht mehr nachgewiesen.

Rückübertragungsversuche auf entmilzte Mäuse verliefen negativ.

3 splenektomierte und 1 nicht entmilztes Gerbil wurden mit je 3 Mio. Babesien/g Kgw. infiziert.

Das nicht entmilzte Versuchstier wies vom 3. - 8. Tag p. i. einen Befall von 1 - 3 ‰ auf. Danach verschwanden die Babesien aus dem peripheren Blut. Die Splenektomie dieses Tieres (68 Tage p. i.) bewirkte kein erneutes Auftreten von Babesien.

Bei zwei entmilzten Gerbils entwickelte sich nach einer Präpatenzzeit von 1 - 10 Tagen ein minimaler Parasitenbefall von < 1 ‰, der bis zu 15 Tagen anhielt. In der folgenden 4-monatigen Beobachtungszeit waren Babesien

nicht mehr nachweisbar. Rückübertragungsversuche auf 2 entmilzte Mäuse verliefen negativ.

Ein entmilztes Gerbil zeigte sich resistent gegenüber der Infektion.

2 entmilzte und 3 nicht entmilzte Meerschweinchen wurden mit 100 000 - 2,5 Mio. Babesien/g Kgw. infiziert. Bei keinem der Meerschweinchen konnten während einer Beobachtungszeit von 6 - 7 Monaten Babesien festgestellt werden.

Nach einer Blutrückübertragung von den entmilzten Meerschweinchen (146 Tage p. i.) auf entmilzte Mäuse wurden in diesen nach einer Präpatenzzeit von 30 - 42 Tagen Babesien nachgewiesen.

2. Klinische Symptome der Infektion

Bei der Mehrzahl der Galagos wurden folgende Krankheitserscheinungen (vor allem zur Zeit des Höhepunktes der Parasitämie und in den darauffolgenden 5 Tagen) festgestellt: Inappetenz, Apathie, Somnolenz und eine mittelgradige bis schwere Anämie.

Ein Galago, der sich durch einen besonders hohen Parasitenbefall auszeichnete, zeigte darüberhinaus eine schwere Hämoglobinurie und Anzeichen von Ikterus.

Das Blutbild bei Tieren mit hoher Parasitämie war im allgemeinen in den ersten 10 Tagen nach einem Pik durch vermehrte Polychromasie, Erythropenie, Poikilozytose, Anisozytose, basophile Tüpfelung und eine Zunahme der Proerythroblasten gekennzeichnet.

Die durchschnittliche Zahl der Erythrozyten, die vor der Infektion zwischen 5,8 und 6,9 Mio. Erythrozyten/mm³ betrug, verringerte sich nach dem Maximum der Parasitämie bis auf Werte von 3,0 Mio. Erythrozyten/mm³.

Der Hämoglobinwert, der vor der Infektion einen Durchschnittswert von 15,4 g % aufwies, sank bis auf 9,25 g % ab.

Die Rhesusaffen zeigten 2 - 5 Tage nach dem Maximum des Parasitenbefalles starke Anämie und leichte ikterische Verfärbung der Schleimhäute; Hämoglobinurie wurde nicht beobachtet. Dazu kamen außerdem unspezifische Erscheinungen wie Inappetenz, Apathie und Schläffheit.

Auf dem Höhepunkt der Parasitämie und in den folgenden 6 - 8 Tagen bestimmten Erythropenie, vermehrte Polychromasie, Anisozytose, Poikilozytose, basophile Tüpf-

felung und eine Vermehrung der Proerythroblasten das Blutbild. Bis zu einer Parasitämie von ca. 100 ‰ blieben Erythrozytenzahl und Hämoglobinwert unverändert. Als absolute Tiefstpunkte wurden beim männlichen Versuchstier 2,8 Mio. Erythrozyten/mm³ und 7,3 g % Hämoglobin ermittelt, beim weiblichen Tier 2,4 Mio. Erythrozyten/mm³ und 6,0 g % Hämoglobin.

Bei der Maus traten trotz hoher Parasitämie keine klinischen Symptome auf.

Die Veränderungen des Blutbildes traten am deutlichsten zutage auf dem Höhepunkt der Parasitämie und in den folgenden 5 - 10 Tagen. Sie äußerten sich in Hypo- und Hyperchromie, Anisozytose, Poikilozytose und Vermehrung der Proerythroblasten.

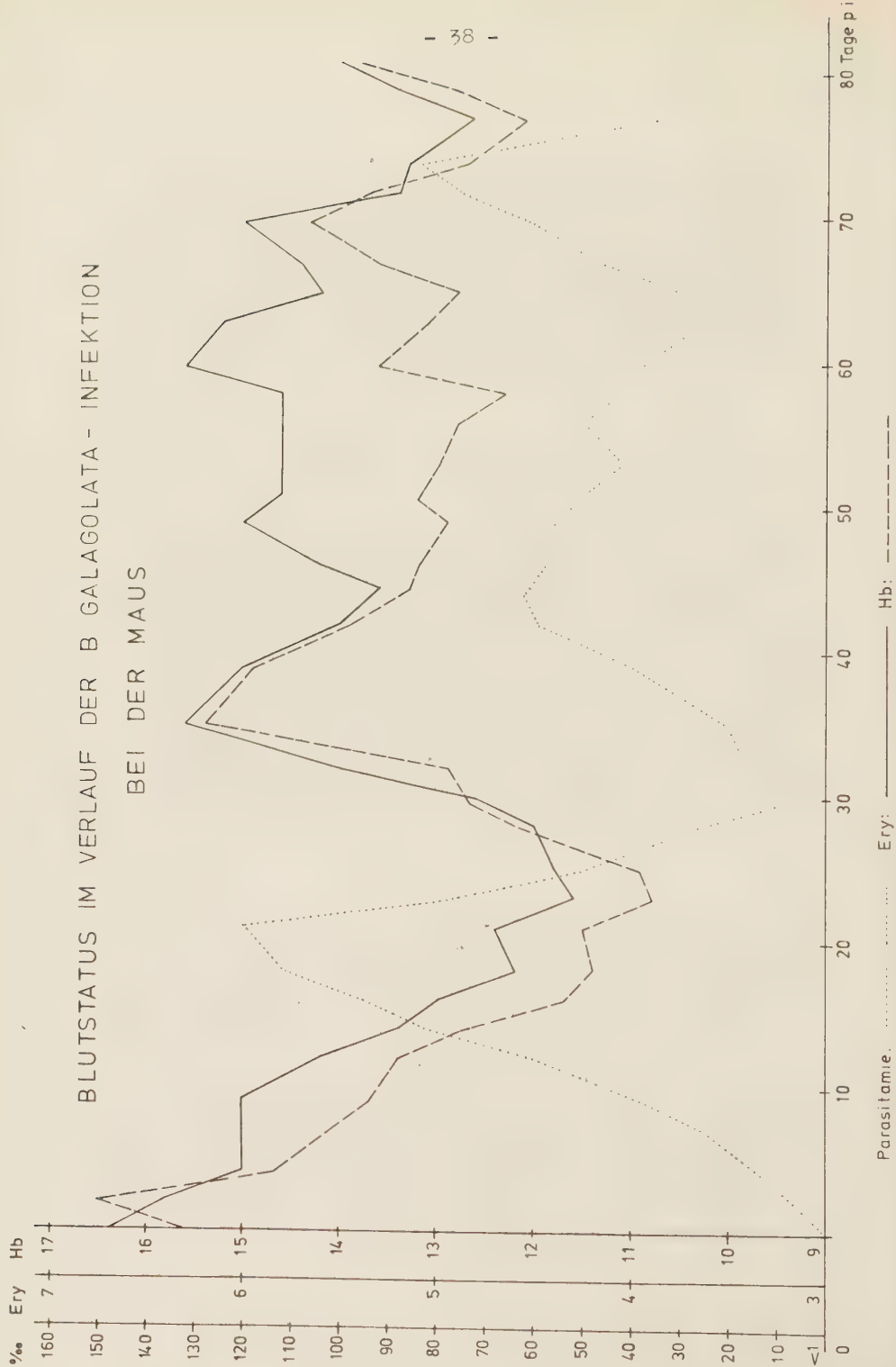
Die Bestimmung von Erythrozytenzahl und Hämoglobinwert ist in Abb. 6 dargestellt. Die Werte wurden ermittelt an einem Kollektiv von 10 infizierten Mäusen und 10 Kontrollmäusen, die über einen Zeitraum von 80 Tagen beobachtet wurden.

Auch bei der Ratte fehlten trotz hoher Parasitämie klinische Symptome. Die Veränderungen des Blutbildes entsprachen weitgehend denen bei der Maus.

Abb. 6

Erythrozytenzahl und Hämoglobinwert in Abhängigkeit von der Parasitämie im Verlauf der *Babesia galagolata* - Infektion bei der Maus

BLUTSTATUS IM VERLAUF DER B GALAGOLATA - INFEKTION BEI DER MAUS



3. Nicht empfängliche Tierarten

Von den folgenden in Tabelle 1 zusammengestellten Tierarten konnten während einer mindestens 90-tägigen Beobachtungsdauer zu keinem Zeitpunkt Babesien mikroskopisch nachgewiesen werden.

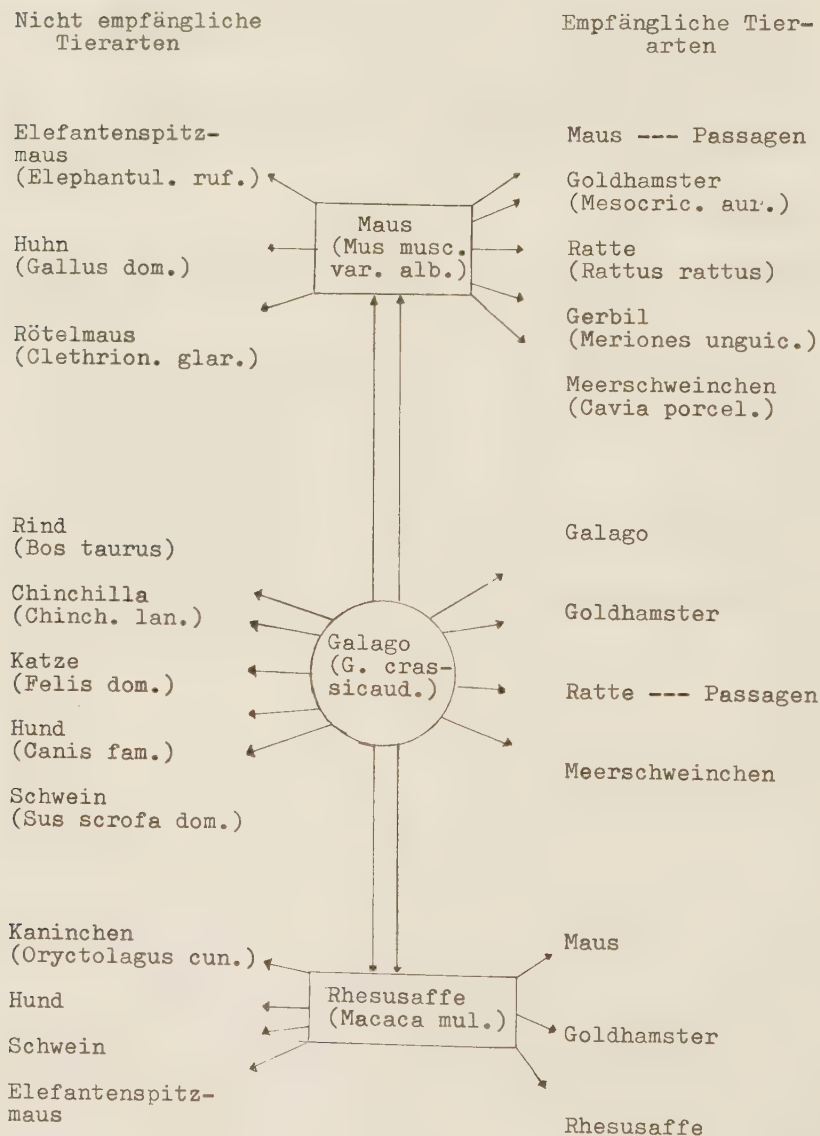
Auch die Rückübertragungsversuche auf entmilzte Mäuse verliefen bei allen aufgeführten Tierarten negativ.

Tabelle 1

Tierart	Anzahl (gesamt)	entmilzt	Inokulum (Babesien/ g Kgw.)
Rind	1	1	2 000
Schwein	3	2	100 000 - 200 000
Hund	3	2	200 000 - 900 000
Katze	3	3	200 000 - 300 000
Kaninchen	3	2	100 000 - 200 000
Chinchillas	2	2	700 000
Rötelmaus	3	2	6 Millionen
Elefantenspitzmaus	2	2	4 - 10 Millionen
Huhn	4	2	3 - 5 Millionen

Im folgenden sind die durchgeführten Versuche tabellarisch aufgeführt.

Tabelle 2:



IV. Besprechung der Ergebnisse

In meinen Untersuchungen konnte *Babesia galagolata* auf 7 verschiedene Tierarten übertragen werden. Hierbei ließ der Verlauf der Parasitämie bei den Vertretern der einzelnen Tierarten deutliche Unterschiede erkennen. Während beim Galago, Rhesusaffen, bei der Maus und bei der Ratte starke Befallshöhen und ein intermittierender Verlauf der Parasitämie beobachtet wurden, entwickelte sich im Goldhamster und im Gerbil eine nur schwache Parasitämie von relativ kurzer Dauer.

Beim Meerschweinchen konnten Babesien mikroskopisch nie nachgewiesen werden. Erst Rückübertragungsversuche auf entmilzte Mäuse erbrachten den Beweis für das Vorliegen einer latenten Infektion.

Weiterhin ergaben meine Untersuchungen, daß *Babesia galagolata* ihre Pathogenität für Mäuse auch nach zahlreichen Passagen nicht verliert. Auch eine Veränderung der Virulenz des Parasiten war im Lauf der Passagen nicht festzustellen.

Auf Grund ihres Wirtsspektrums gehört *Babesia galagolata* zu den Babesienarten mit dem weitesten Wirtsspektrum bzw. mit der geringsten Wirtsspezifität. Bei Zusammenstellung einer Gruppe ähnlicher Babesienspezies wäre neben *Babesia galagolata* in diese Gruppe auch *Babesia divergens* einzuordnen, für die verschiedene Wiederkäuerarten, der Rhesusaffe und Schimpanse sowie der Mensch empfänglich sind. Insbesondere müßten 3 Babesienarten der Nagetiere dazugezählt werden, *Babesia microti*, *Babesia hyalomysci* und *Babesia rodhaini*, die auf eine Vielzahl von Nagetier- und Affenarten übertragbar sind und im Falle von *Babesia microti* auch den Menschen als Nebenwirt einschließen.

Aus dem unterschiedlichen Verlauf der *Babesia galagolata*-Infektion bei den verschiedenen Tierarten läßt sich ableiten, daß für den Infektionsverlauf neben der eigentlichen Empfänglichkeit auch der Grad der Resistenz einer Tierart gegenüber dem betreffenden Parasiten von wesentlicher Bedeutung ist. Nach dem Ergebnis unserer Untersuchungen scheint dieser am schwächsten ausgebildet zu sein beim Galago, der Maus, dem Rhesusaffen und der Ratte, da bei den Vertretern aller dieser Tierarten eine starke Parasitenvermehrung, ein hoher Befall und eine langdauernde Parasitämie zu beobachten ist.

Eine wesentlich höhere Resistenz weisen der Goldhamster, das Gerbil und das Meerschweinchen auf. In diesen kommt es zwar zu einer Parasitenvermehrung, aber im Gegensatz zu den weniger resistenten Tierarten wird eine Parasitenvermehrung mit hoher Befallsdichte und langdauernder Parasitämie unterdrückt. Allerdings scheint bei allen genannten Tierarten der vorhandene Grad der Resistenz auszureichen, um Tiere mit intakter Milz vor dem Ausbruch schwerer Babesiosen zu schützen und bei splenektomierten Tieren auch bei hohem Befall Todesfälle zu verhindern.

Der Infektionsverlauf wird, dies zeigt das Ergebnis der Versuche ebenfalls, nicht nur von der Empfänglichkeit und der Resistenz einer Tierart gegenüber dem Parasiten beeinflusst, sondern zu einem gewissen Teil auch von der Höhe des Inokulums. So war beispielsweise eine deutliche Abhängigkeit festzustellen zwischen der Zahl der übertragenen Babesien und der Dauer der Präpatenzperiode, die bei schwachen Inokula erheblich verlängert war.

Auffallend bei *Babesia galagolata*-Infektionen waren die in einigen Tierarten teilweise extrem langen Präpatenzzeiten. Sie betrugen beim Rhesusaffen bis zu 25 Tagen, bei der Ratte bis zu 33, bei der Maus bis zu 45 und beim Goldhamster bis zu 46 Tagen. Gleichermaßen lange Präpatenzperioden sind, entsprechend der mir vorliegenden Literatur, für andere Babesienarten nicht bekannt. Ebenso ist die lange Zeitspanne bemerkenswert, die bei latent infizierten Galagos zwischen der Splenektomie und dem ersten Auftreten von *Babesia galagolata* lag und bis zu 61 Tagen betrug.

Aufgrund dieser Beobachtungen und der Wahrscheinlichkeit, daß unter bestimmten Voraussetzungen auch bei anderen Babesienarten die Präpatenzperiode verlängert sein kann, z. B. nach Übertragung eines nur sehr gering parasitenhaltigen Inokulums oder bei erhöhter Resistenz des infizierten Tieres, müßte meines Erachtens bei experimentellen Übertragungsversuchen die Beobachtungsdauer zum Nachweis von Babesien wesentlich länger angesetzt werden, als dies bei zahlreichen aus der Literatur bekannten Untersuchungen der Fall ist. Diese Forderung wäre vor allem dann relevant, wenn es sich um Babesienarten handelt, deren Wirtsverhalten wenig oder nicht bekannt ist. So scheint mir beispielsweise eine 20-tägige Beobachtungsdauer zur Sicherung der Aussage nicht auszureichen, daß verschiedene Tierarten, auf die eine beim Menschen erstmals nachgewiesene Babesienart übertragen wurde, für diese nicht empfänglich sind (Scholtens u. M., 1968).

Zur Prüfung der Empfänglichkeit einer Tierart gegenüber bestimmten Babesienarten müßten deshalb zusätzliche und strengere Maßstäbe angelegt werden. Es genügt meiner Meinung nach nicht, eine Tierart als unempfindlich zu bezeichnen, wenn Babesien nach ihrer Übertragung im Blut

mikroskopisch nicht mehr nachgewiesen werden können. Sowohl die Untersuchungen von Hawking (1973) als auch die Ergebnisse meiner Übertragungsversuche von *Babesia galagolata* auf das Meerschweinchen zeigen, daß die Parasiten, ohne ein einziges Mal im gefärbten Ausstrich nachweisbar gewesen zu sein, über mehrere Monate hinweg in einer Tierart vorkommen können. In beiden Versuchen brachte erst die Rückübertragung des Blutes der fraglichen Wirte auf empfängliche Tiere den Nachweis für das Vorliegen einer latenten Infektion. Diese Beispiele machen deutlich, daß der Beweis für die Empfänglichkeit einer getesteten Wirtstierart unter Umständen ausschließlich über den Rückübertragungsversuch geliefert werden kann. Von diesen Gegebenheiten ausgehend müßten in Zukunft negativ verlaufende Übertragungsversuche stets durch Rückübertragungsversuche abgesichert werden.

Entsprechend diesen Vorstellungen wurde in meiner Arbeit eine Tierart erst dann als empfänglich angesehen, wenn sich *Babesia galagolata* in deren Vertretern deutlich vermehrte oder, durch Rückübertragungsversuche bestätigt, über längere Zeit in ihnen halten konnte.

Die Faktoren, die zur Resistenz einer Tierart gegenüber Babesieninfektionen führen, sind bislang weitgehend unbekannt. Aufgrund der unterschiedlichen, wahrscheinlich auf eine verschiedenartige Resistenz zurückzuführenden Reaktionen der einzelnen Tierarten gegenüber *Babesia galagolata* könnte sich diese Babesienart als geeignetes Modell zur Untersuchung der Wirkungsmechanismen von Resistenzfaktoren, die bei der Babesiose eine Rolle spielen, erweisen.

Die gelegentlich beim Menschen beobachteten Babesioseinfektionen - bisher sind 4 Fälle bekannt, von denen 2 tödlich endeten - geben zu der Überlegung Anlaß,

welche Therapie bei erneutem Auftreten solcher Fälle anzuwenden ist. Für die Babesiosen im Tier stehen zahlreiche wirksame Chemotherapeutika zur Verfügung, die jedoch aus naheliegenden Gründen beim Menschen nicht ohne weiteres verwendet werden können.

Auch hier dürfte *Babesia galagolata* ein wertvolles Modell zur Erprobung von Medikamenten darstellen, da sich der Erreger einerseits sehr gut für Serienuntersuchungen in den gängigen Laboratoriumstieren eignet, zum anderen aber auch in subhumanen, dem Menschen phylogenetisch nahestehenden Primaten zu hohen Infektionen führt.

Einen zusätzlichen Wert für derartige Untersuchungen gewinnt *Babesia galagolata* dadurch, daß sie wegen ihres weitgespannten Wirtsspektrums sogar als potentieller Zoonoseerreger in Frage kommt. Für diese Wahrscheinlichkeit spricht unter anderem auch die Tatsache, daß sich *Babesia galagolata* hinsichtlich ihrer Wirtsspezifität ähnlich wie *Babesia microti* verhält, die nachgewiesenermaßen als Infektionserreger beim Menschen vorkommen kann.

Die Untersuchungen haben damit gezeigt, daß sich *Babesia galagolata* als interessanter Vertreter seiner Gattung für vielfältige experimentelle Arbeiten eignet. Aufgrund der Fragestellung konnten allerdings meine Versuche keinen näheren Einblick in die Epidemiologie des Erregers vermitteln, die noch nicht in allen Einzelheiten geklärt ist. So wäre insbesondere zu prüfen, inwieweit die im Biotop der *Galagos* auftretenden Nagetierarten ein Reservoir für *Babesia galagolata* darstellen und welcher Überträger für die Verbreitung verantwortlich gemacht werden muß. Gerade die Frage der natürlichen Übertragung wäre bei einem Blutparasiten, der als potentieller Zoonoseerreger anzusehen ist, von besonderer Bedeutung.

V. Zusammenfassung

Das Wirtsspektrum von *Babesia galagolata* wurde an 16 Tierarten geprüft. 9 Arten erwiesen sich als nicht empfänglich.

Zu einer starken Vermehrung des Parasiten kam es beim Galago (*Galago crassicaudatus*), dem Rhesusaffen (*Macaca mulatta*), der Laboratoriumsmaus (*Mus musculus* var. alb.) und der Ratte (*Rattus rattus*). Nicht splenektomierte Tiere der genannten Arten sowie der Goldhamster (*Mesocricetus auratus*) und die Rennmaus (*Meriones unguiculatus*) entwickelten eine nur geringe Parasitämie. Beim Meerschweinchen (*Cavia porcellus* L.) waren zu keinem Zeitpunkt über zahlreiche Monate hinweg Babesien mikroskopisch nachweisbar. Erst Rückübertragungsversuche auf entmilzte Mäuse erbrachten den Beweis für das Vorliegen latenter Infektionen.

In einigen Tierarten wurden Präpatenzzeiten bis zu 46 Tagen beobachtet. Das Auftreten von Parasiten nach der Entmilzung latent infizierter Tiere dauerte gelegentlich bis zu 61 Tagen.

Eine Virulenzveränderung von *Babesia galagolata* wurde im Laufe von 18 Passagen in Mäusen nicht festgestellt.

Klinische Symptome wie Anämie, Ikterus und Hämoglobinurie traten nur bei stark infizierten Galagos und Rhesusaffen auf. Todesfälle wurden trotz schwerer Parasitämien nicht beobachtet.

Summary

Investigations into the host specificity of *Babesia galagolata*

The host spectrum of *Babesia galagolata* was investigated in 16 animal species. 9 of them were not susceptible.

An intense multiplication of the parasite occurred in the galago (*Galago crassicaudatus*), in the rhesus monkey (*Macaca mulatta*), in the laboratory mouse (*Mus musculus* var. alb.) and in the rat (*Rattus rattus*). Not splenectomised animals of the mentioned species as well as golden hamsters (*Mesocricetus auratus*) and gerbils (*Meriones unguiculatus*) developed only a low parasitemia. In guinea-pigs *Babesia* could never be evidenced microscopically over a period of several months. Retransmission trials to splenectomised mice furnished proof of presence of latent infections.

In some animal species prepatent periods up to 46 days were observed. Between the splenectomy and the appearance of parasites in the peripheral blood of latent infected animals a period up to 61 days elapsed occasionally.

No changes in the virulence of *Babesia galagolata* occurred during 18 passages in mice.

Clinical symptoms as anemia, icterus and hemoglobinuria occurred only in highly infected galagos and rhesus monkeys. In spite of high parasitemias no animal died.

VI. Literaturverzeichnis

1. Bafort, J. M.: An unidentified trypanosome and a new babesia sp. from wild rats from the Congo. Trans. roy. Soc. trop. Med. Hyg. 63, 12 - 13 (1969)
2. Bafort, J. M., Timperman, G., Molyneux, D. H.: Babesia hyalomysci n. sp., a new babesia from the Congo, transmissible to mice. Ann. Soc. belge Méd. trop. 50, 301 - 318 (1970)
3. Baker, J. R., Chitty, D., Phipps, E.: Blood parasites of wild voles, *Microtus agrestis*, in England. Parasitology 52, 297 - 301 (1963)
4. Benson, G. D., Galdi, V. A., Altman, R., Fiumara, N. J.: Human babesiosis - Massachusetts. Morbid. Mortal. Weekl. Rep. 18, 277 - 278 (1969)
5. Berghe, L. van den, Vincke, I. H., Chardome, M., Bulcke, M. van den: Babesia rodhaini n. sp. d'un rongeur du Congo Belge transmissible à la souris blanche. Ann. Soc. belge Méd. trop. 30, 83 - 86 (1950)
6. Braff, E., Condit, P.: Case of human babesiosis - California. Morbid. Mortal. Weekl. Rep. 16, 8. (1967)
7. Brocklesby, D. W., Dennig, H. K., Vidler, B. O.: A Babesia species of the leopard (*Panthera pardus*) and its transmission to the domestic cat (*Felis catus*). 2. Intern. Congr. Protozool., London (1965)
8. Capponi, M., Sureau, P., Deschiens, R.: Présentation d'un hématozoaire observé dans le sang de mus norvegicus au Centre Vietnam. Bull. Soc. Path. exot. 48, 649 - 651 (1955)
9. Carini, A.: Piroplasmideo do sangue de um roedor do Brasil. Arch. Biol. S. Paulo 25, 71 - 72 (1941)
10. Clark, H. C.: Piroplasmosis of cattle in Panama. Value of the brain film in diagnosis. J. infect. Dis. 22, 159 - 168 (1918)
11. Clark, H. C., Zetek, J.: Tick biting experiments in bovine and cervine piroplasmosis. Amer. J. trop. Med. 2, 17 - 26 (1925)
12. Coles, A. C.: Piroplasms in the water vole - *Nuttallia microti* sp. n. Parasitology 7, 40 - 41 (1914)
13. Crowe, M. W., Pullen, P. L.: Attempted infection of laboratory animals with *Piroplasma caballi* (*Babesia caballi*). Amer. J. vet. clin. Path. 2, 263 - 269 (1968)

14. Dale, T. H.: Pyroplasmosis of the donkey. Journ. Comp. Path. and Therap. 16, 312 - 319 (1903)
15. Davis, L. J.: On a piroplasm of the Sudanese wild cat (*Felis ocreata*, Gmelin). Trans. roy. Soc. trop. Med. Hyg. 22, 523 - 534 (1929)
16. Dennig, H. K.: Experimentelle Übertragung von *Babesia canis* auf Saugmäuse. Z. Tropenmed. Parasit. 10, 371 - 375 (1959)
17. Dennig, H. K.: Experimentelle Übertragung von *Babesia bovis*, *B. bigemina*, *B. equi*, *B. caballi* und *B. trautmanni* auf saugende Mäuse. Z. Tropenmed. Parasit. 13, 471 - 479 (1962)
18. Dennig, H. K.: The isolation and transmission of babesia in wild animals. 1st Intern. Congr. Parasitol., Rom (1964)
19. Dennig, H. K.: Die Beeinflussung der latenten Pferdepiroplasmose (*Babesia equi* Laveran) durch die Splenektomie. Berl. Münch. tierärztl. Wschr. 11, 204 - 209 (1965)
20. Dennig, H. K.: Vergleichende Untersuchungen über die Babesien tropischer Feliden unter besonderer Berücksichtigung einer neuen Spezies. Vet. med. Habilitat. München (1967 a)
21. Dennig, H. K.: Eine unbekannte Babesienart beim Jaguarundi (*Herpailurus yaguarundi*). Kleintier - Prax. 12, 146 - 152 (1967 b)
22. Dennig, H. K.: Untersuchungen zu einer neuen Babesienart der Feliden. Kongreßbericht der 3. Tagung der Deutschen Tropenmedizinischen Gesellschaft, Hamburg (1967 c)
23. Dennig, H. K.: Babesieninfektionen bei exotischen Katzen und die Bedeutung dieser Blutparasiten für die tierärztliche Forschung. Acta zool. path. Antverpiensia 48, 361 - 367 (1969)
24. Dennig, H. K., Hebel, R.: Fine structure of *Babesia* spp. from Felidae. 2. Intern. Congr. Parasitol., Washington (1970)
25. Dennig, H. K., Brocklesby, D. W.: *Babesia pantherae* sp. nov., a piroplasm of the leopard (*Panthera pardus*). Parasitology 64, 525 - 532 (1972)

26. Dennig, H. K.: *Babesia galagolata* n. sp., eine Babesienart des Galagos (*Galago crassicaudatus*). Z. Parasitenk. 41, 281 - 290 (1973)
27. Dennig, H. K., Hösl, G.: *Babesia galagolata* n. sp. und ihre Wirtsspezifität. 6. Symposium of the World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology, Wien (1973)
28. Enigk, K., Friedhoff, K.: Zur Wirtsspezifität von *Babesia divergens* (Piroplasmidea). Z. Parasitenk. 21, 238 - 256 (1961)
29. Enigk, K., Friedhoff, K.: Zur Empfänglichkeit von Rot- und Damhirsch für *Babesia capreoli* (Piroplasmidea). Z. Tropenmed. Parasit. 14, 57 - 62 (1963 a)
30. Enigk, K., Friedhoff, K.: Zur Wirtsspezifität von *Babesia bigemina* (Piroplasmidea). Z. Tropenmed. Parasit. 14, 502 - 506 (1963 b)
31. Enigk, K., Friedhoff, K., Wirahadiredja, S.: Zur Wirtsspezifität von *Babesia motasi* und *Babesia ovis* (Piroplasmidea). Z. Parasitenk. 24, 309 - 318 (1964)
32. Fitzpatrick, J. E. P., Kennedy, C. C., Mc Geown, M., Oreopoulos, D. G., Robertson, J. H., Soyannwo, M. A. O.: Human case of piroplasmosis (babesiosis). Nature 217, 861 - 862 (1968)
33. Fitzpatrick, J. E. P., Kennedy, C. C., Mc Geown, M. G., Oreopoulos, D. G., Robertson, H. J., Soyannwo, M. A.: Further details of third recorded case of redwater (babesiosis) in man. Brit. med. J. 4, 770 - 772 (1969)
34. Franca, C.: Sur la classification des piroplasmes et description de deux formes de ces parasites. Arch. Inst. Bact. Cam. Pest. 2, 11 - 18 (1912)
35. Franchini, G.: Piroplasmose chez un petit loir (*Myoxus avellanarius*). Bull. Soc. Path. exot. 17, 381 - 383 (1924)
36. Frerichs, W. M., Johnson, A. J., Holbrook, A. A.: Equine piroplasmosis: attempts to infect laboratory animals with *Babesia equi*. Amer. J. vet. Res. 30, 1333 - 1336 (1969)
37. Garnham, P. C. C., Bray, R. S.: The susceptibility of the higher primates to piroplasms. J. Protozool. 6, 352 - 355 (1959)

38. Garnham, P. C. C., Voller, A.: Experimental studies on *Babesia divergens* in rhesus monkeys with special reference to its diagnosis by serological methods. *Acta Protozoologica* 2, 183 - 187 (1965)
39. Garnham, P. C. C., Donnelly, J., Hoogstraal, H., Kennedy, C. C., Walton, G. A.: Human babesiosis in Ireland: further observations and the medical significance of this infection. *Brit. med. J.* 4, 768 - 770 (1969)
40. Gayot, G.: Infection expérimentale du chacal (*Canis lupaster algirensis* Wagner) par piroplasma *canis*. *Arch. Inst. Pasteur Algér.* 24, 46 - 50 (1946)
41. Gleason, N. N., Healy, G. R., Western, K. A., Benson, G. D., Schultz, M. G.: The "Gray" strain of *Babesia microti* from a human case established in laboratory animals. *J. Parasitol.* 56, 1256 - 1257 (1970)
42. Göbel, E.: Experimentelle Infektion der Hauskatze und verschiedener Laboratoriumstiere mit einer Leopardenbabesie. *Vet. med. Diss. München* (1968)
43. Han, T. W.: Studies on piroplasmosis infection and morphological development of piroplasma in experimental animals. *Korean J. vet. Res.* 8, 98 - 109 (1968)
44. Hawking, F.: Infectivity of *Plasmodium berghei* and of *Babesia rodhaini* to various primates. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 22, 163 - 167 (1973)
45. Healy, G. R., Gleason, N. N.: Transmission to unusual hosts only because the host is unusually susceptible: babesia, observations in the field. *Progr. in Protozool.*, IV. Congr. intern. de Protozool., Clermont - Ferrand (1973)
46. Holbrook, A. A., Frerichs, W. M.: *Babesia mephitis* sp. n. (Protozoa: Piroplasmida), a hematozoan parasite of the striped skunk, *Mephitis mephitis*. *J. Parasitol.* 56, 930 - 931 (1970)
47. Idnani, J. A.: *Babesia bovis* Starcovici, 1893, as the cause of redwater in an indian buffalo. *Indian J. vet. Sci.* 8, 99 - 101 (1938)
48. Irvin, A. D., Sale, J. B., Purnell, R. E.: *Babesia thomasi* from rock hyraces in Kenya. *J. Parasitol.* 59, 203 - 204 (1973)

49. Jansen, B. C.: *Babesia thomasi* sp. n., an intraerythrocytic parasite of the cape dassie (*Procavia capensis*, Pallas). Onderstepoort J. vet. Res. 25, 3 - 6 (1952)
50. Kikuth, W.: Piroplasmose bei Affen. Arch. Schiffs- u. Tropenhyg. 31, 37 - 41 (1927)
51. Kühnert, R.: Untersuchungen zur Hämobartonellose und Babesiose der Katzen. Vet. med. Diss. München (1967)
52. Lestoquard, F.: Transmission au buffle des piroplasmes du boeuf. Modifications subies par *Anaplasma marginale*. Bull. Soc. Path. exot. 24, 820 - 822 (1931)
53. Macfie, J. W. S.: Babesiasis and trypanosomiasis at Accra, Gold Coast, West Africa. Ann. trop. Med. Parasit. 2, 457 - 464 (1915)
54. Marcos, Z.: *Babesia bigemina* and laboratory animals. Vet. Rec. 11, 232 - 235 (1931)
55. Maronpot, R. R., Guindy, E.: Preliminary study of *Babesia gibsoni* Patton in wild carnivores and domesticated dogs in Egypt. Am. J. vet. Res. 31, 797 - 799 (1970)
56. Martinaglia, G.: Redwater in a sable antelope. J. S. Afr. vet. med. Ass. 1, 41 - 42 (1930)
57. Mc Neill, J.: Piroplasmosis of the domestic cat. J. S. Afr. vet. med. Ass. 8, 88 - 90 (1937)
58. Muratov, E. A.: Blood parasite of the house mouse (*Mus musculus* Lin.) belonging to the genus *Nuttallia* franca. Doklady an Tadzhijskoi SSR 2, 34 (1966) (Übersetzung)
59. Nagel, M. L.: Untersuchungen zur *Babesia musculi* - Infektion in der Laboratoriumsmaus unter besonderer Berücksichtigung der Wirtsspezifität und Chemotherapie. Vet. med. Diss. München (1973)
60. Neitz, W. O., Steyn, H. P.: The transmission of *Babesia canis* to the black-backed jackal (*Thos mesomelas*, Schreber) with a discussion on the classification of the piroplasms of the Canidae. J. S. Afr. vet. med. Ass. 18, 1-12 (1947)
61. Nikolsky, S. N., Prokhorova, P. K.: Development of babesiids in non specific vertebrate hosts. Progr. in Protozool., IV. Congr. intern. de Protozool., Clermont - Ferrand (1973)

62. Nilsson, O., Nordkvist, M., Rydén, L.: Experimental *Babesia divergens* infection in reindeer (*Rangifer tarandus*). *Acta vet. scand.* 6, 353 - 359 (1965)
63. Nocard, M. M., Motas, B.: Contribution à l'étude de la piroplasmose canine. *Ann. Inst. Pasteur* 16, 257 - 290 (1902)
64. Nöller, H. G.: Die Blutentnahme aus dem retroorbitalen Venenplexus. *Klin. Wschr.* 33, 770 - 775 (1955)
65. Nowell, F.: The blood picture resulting from *Nuttallia* (= *Babesia*) *rodhaini* and *Nuttallia* (= *Babesia*) *microti* infections in rats and mice. *Parasitology* 59, 991 - 1004 (1969)
66. Nuttall, G. H. F., Graham-Smith, G. S.: Note on attempts to infect the fox and the jackal with *Piroplasma canis*. *Parasitology* 2, 211 - 214 (1909)
67. Nuttall, G. H. F.: Note on *Rossiella rossi* (Nuttall, 1910) occurring in the jackal in British East Africa. *Parasitology* 2, 61 - 64 (1912)
68. Paraense, W. L., Vianna, Y. L.: Alqueenes observacoes sobre a babesiose de caes no Rio de Janeiro. *Mem. Inst. Osw. Cruz* 46, 595 - 603 (1948)
69. Patton, W. S.: Preliminary report of a new piroplasm (*Piroplasma gibsoni* n. sp.) found in the blood of the hounds of the Madras Hunt and subsequently discovered in the blood of the jackal "*Canis aureus*". *Bull. Soc. Path. exot.* 3, 274 - 281 (1910)
70. Peenen, van, P. F. D., Duncan, J. F.: *Piroplasma* (protozoa: sarcodina) of wild mammals in California. *Bull. Wildlife Dis. Ass.* 4, 3 - 8 (1968)
71. Ristic, M.: *Babesia* species from an intact (spleen in situ) human case of babesiosis: isolation and definition of pathogenic, serologic and ultrastructural properties. 2. Intern. Congr. Parasitol., Washington (1970)
72. Ristic, M., Conroy, J. D., Siwe, S., Healy, G. R., Smith, A. R., Huxsoll, D. L.: *Babesia* species isolated from a woman with clinical babesiosis. *Amer. J. trop. Med. Hyg.* 20, 14 - 22 (1971)

73. Ristic, M. *Babesia microti* in monkeys and hamsters. Progr. in Protozool., IV. Congr. intern. de Protozool., Clermont - Ferrand (1973)
74. Rodhain, J.: Sur la pluralité des espèces de *Babesia* des rongeurs. A propos de la spécificité de *Babesia rodhaini*, van den Berghe et al. Ann. Inst. Pasteur 79, 777 - 785 (1950)
75. Rodhain, J., Demuylder, Ch.: L'hémoglobininurie des rongeurs infectés de *Babesia rodhaini*. Ann. Soc. belge Méd. trop. 31, 551 - 563 (1951)
76. Ross, P. H.: A note on the natural occurrence of piroplasmiasis in the monkey (*Cercopithecus*). J. Hyg. 5, 18 - 23 (1905)
77. Rousselot, R.: *Piroplasma lemniscomysi*, n. sp. Ann. Parasit. hum. comp. 24, 409 - 411 (1949)
78. Schenk, V.: Untersuchungen über Passagen von *Babesia herpailuri* im Hund und die immunologische Verwandtschaft des Parasiten zu *Babesia canis* und *Babesia gibsoni*. Vet. med. Diss. München (1968)
79. Scholtens, R. G., Braff, E. H., Healy, G. R., Gleason, N.: A case of babesiosis in man in the United States. Amer. J. trop. Med. Hyg. 17, 810 - 813 (1968)
80. Schoop, G. V., Dedié, K.: Übertragung von *Babesia canis* auf Füchse. Dtsch. tierärztl. Wschr. 45, 88 - 90 (1938)
81. Shone, D. K., Philip, J. R.: The susceptibility of the African bush pig, *Potamochoerus porcus maschona*, Lonnberg, to infection with *Babesia trautmanni*. J. S. Afr. vet. med. Ass. 31, 451 - 453 (1960)
82. Shortt, H. E., Robinson, R. S.: A piroplasmid parasite of a British mole easily transmissible to some laboratory animals. Trans. roy. Soc. trop. Med. Hyg. 52, 23. (1958)
83. Shortt, H. E., Blackie, E. J.: An account of the genus *Babesia* as found in certain small mammals in Britain. J. trop. Med. Hyg. 68, 37 - 42 (1965)
84. Skrabalo, Z., Deanovic, Z.: Piroplasmiasis in man. Docum. Med. geogr. trop. 2, 11 - 16 (1957)
85. Smet, de R. M., Lips, M.: Un nouveau *Babesia* du Katanga, Congo Belge: *Babesia vanhoofi*. Ann. Soc. belge Méd. trop. 35, 5 - 8 (1954)

86. Smith, T., Kilborne, F. E.: Investigations into the nature, causation, and the prevention of Texas or southern cattle fever. U. S. Dept. Agric. Bur. Anim. Ind. Bull. 1, 177 - 304 (1893)
87. Spindler, L. A., Allen, R. W., Diamond, L. S., Lotze, J. G.: Babesia in a withe - tailed deer. J. Protozool. 5, Suppl. Nr. 6, 8. (1958)
88. Tanguy, Y.: La piroplasmose du singe. Ann. Inst. Pasteur 59, 610 - 623 (1937)
89. Thomas, A. D., Brown, M. H. V.: An attempt to transmit canine biliary fever to the domestic cat. J. S. Afr. vet. med. Ass. 3, 179 - 181. (1934)
90. Veterinary Sciences: Notes on animal diseases. III. Piroplasmosis and anaplasmosis of animals other than cattle, and trypanosomiasis of domesticated animals. E. Afr. agric. J. 25, 147 - 152 (1960)
91. Wenyon, B., Hamerton, A. E.: Piroplasms of the West African civet cat (*Viverra civetta*) and the bay lynx of North America. Trans. roy. Soc. trop. Med. Hyg. 24, 7 - 8 (1930)
92. Western, K. A., Benson, G. D., Gleason, N. N., Healy, G. R., Schultz, M. G.: Babesiosis in a Massachusetts resident. New. Engl. J. Med. 283, 854 - 856 (1970)
93. Yakimoff, W. L., Schokhor, N. J., Koselkine, P.: Maladies animales du Turkestan russe à parasites endoglobulaires. Bull. Soc. Path. exot. 10, 302 - 311 (1917)
94. Yakimoff, W. L., Nezwetaieff, N. W., Rastegaieff, E. E., Schmulewitsch, A. I.: Die Ansteckung des Zebu mit Piroplasmiden. Zentbl. Bakt. ParasitKde, I. Abt. (Orig.) 124, 465 - 471 (1932)
95. Yakimoff, W. L., Gousseff, W. E., Nezwetaieff, N. W., Rastegaieff, E. E.: L'infection et la maladie des zébus provoquées par les piroplasmides. Ann. Soc. belge Méd. trop. 14, 235 - 254 (1934)

Herrn Prof. Dr. J. Boch möchte
ich sehr herzlich für die Mög-
lichkeit zur Durchführung der
Dissertationsarbeit danken.

Herrn Prof. Dr. H. K. Dennig
danke ich für die Überlassung
des Themas und seine freund-
liche Hilfe.

Bei Fräulein Denk und
Fräulein Heinrich bedanke ich
mich für die Unterstützung in
technischen Fragen.

Lebenslauf

Am 6. Januar 1948 wurde ich als zweites Kind der Landwirtschaftseheleute Georg und Elisebeth Hösl, geb. Graf, in Döllnitz/Oberpfalz geboren. Nach 4 Jahren Volksschule trat ich in das Augustinus-Gymnasium in Weiden ein. Im Juli 1967 legte ich dort die Reifeprüfung ab. Im Sommersemester 1968 begann ich mit dem Studium der Tiermedizin an der Tierärztlichen Fakultät der Universität München, das ich am 1. März 1973 abschloß. Die Bestallung als Tierarzt erhielt ich am 4. April 1973.

